Szczupak
Zatoki Puckiej

Studium wykonalności restytucji gatunku

REDAKCJA
Dariusz P. Fey
Mirosław Szczepkowski

MIR MORSKI INSTYTUT RYBACKI PAŃSTWOWY INSTYTUT BADAWCZY
IRS

Gdynia 2023

PODZIĘKOWANIA OD AUTORÓW

W imieniu Autorów monografii oraz pracowników realizujących projekt PIKE dziękuję wszystkim osobom i instytucjom, które wspierały badania, a tym samym przyczyniły się do powstania niniejszej monografii:

- Armatorom jednostek KUŹ-14, KUŹ-9, WŁA-8, SWA-18, SWA-19, REW-6, REW-17, PUC-5, MEC-8, MEC-12, załodze łodzi GIRM oraz członkom Klubu Wędkarstwa Morskiego Władek Team – za pomoc przy rozprowadzeniu materiału zarybieniowego w różne rejony Zatoki Puckiej.
- Inspektorom ds. Rybołówstwa Morskiego oraz Lekarzowi Weterynarii reprezentującemu Inspektorat Weterynarii, którzy nie tylko wykonywali swoje obowiązki podczas zarybień, ale również pomagali w ich przeprowadzeniu.
- Dyrekcji i Pracownikom Słowińskiego Parku Narodowego, rybakom ze Spółki Rybackiej Sandacz z Łeby (Zakład Izbica), Spółce Rybackiej Troć z Tczewa oraz Zarządowi Okręgu Polskiego Związku Wędkarskiego – za pomoc w pozyskaniu dzikich tarlaków szczupaka.
- Dyrekcji i Pracownikom Gospodarstwa Rybackiego w Mikołajkach oraz w Szwaderkach, Gospodarstwu Rolno-Rybackiemu „Złota Rybka" – za pomoc w pozyskaniu ikry do badań.
- Pracownikom Państwowego Gospodarstwa Wodnego Wody Polskie, reprezentującym Nadzór Wodny w Pucku oraz Nadzór Wodny w Redzie – za okazaną pomoc w wyjaśnieniu obecnego schematu hydrologicznego ujść Redy i Płutnicy.
- Rybakom, którzy uczestniczyli w pozyskaniu szczupaków ze środowiska naturalnego Zalewu Puckiego oraz wszystkim osobom, które uczestniczyły w zbiorze materiału do badań genetycznych.
- Morskiej TV, która wielokrotnie relacjonowała prace zarybieniowe czy podchów narybku w Ośrodku MIR.
- Starostwu Powiatu Puckiego, Stowarzyszeniu Północnokaszubska Lokalna Grupa Rybacka, instytucji „Nadmorski Park Krajobrazowy" oraz Departamentowi Rybołówstwa w Ministerstwie Rolnictwa i Rozwoju Wsi – za wsparcie realizacji projektu PIKE oraz planów restytucji szczupaka w Zatoce Puckiej.

Dariusz P. Fey

Recenzent: dr hab. Adam Tański, prof. ZUT

Redakcja naukowa:
dr hab. Dariusz P. Fey, prof. MIR-PIB
prof. dr hab. Mirosław Szczepkowski

Publikacja jest zamieszczona na stronie www.mir.gdynia.pl na licencji Creative Commons Uznanie autorstwa-Użycie niekomercyjne-Bez utworów zależnych 3.0 Polska. Pewne prawa zastrzeżone na rzecz autorów. Zezwala się na wykorzystanie publikacji zgodnie z licencją – pod warunkiem zachowania niniejszej informacji licencyjnej oraz wskazania autorów jako właścicieli praw do tekstu. Treść licencji jest dostępna na stronie http://creativecommons.org/licenses/by-nc-nd/3.0/pl ©

Copyright by Morski Instytut Rybacki – Państwowy Instytut Badawczy,
Gdynia 2023

Publikacja współfinansowana ze środków Programu Operacyjnego
„Rybactwo i Morze" na lata 2014–2020
(Umowa nr 00002-6520.13-OR1100004/19)

Wydawca:
Morski Instytut Rybacki – Państwowy Instytut Badawczy
ul. Kołłątaja 1, 81-332 Gdynia
www.mir.gdynia.pl
email: sekretariat@mir.gdynia.pl

Projekt okładki:
Dariusz P. Fey

Skład, łamanie, druk:
ZAPOL Sp. k.
www.zapol.com.pl

ISBN 978-83-61650-32-4

SPIS TREŚCI

Wstęp 7
Dariusz P. Fey

Rozdział 1. Szczupak (*Esox lucius*) – opis gatunku 13
Martyna Greszkiewicz, Dariusz P. Fey

Rozdział 2. Wybrane aspekty genetyki populacyjnej szczupaka 31
Anna Wąs-Barcz, Rafał Bernaś, Martyna Greszkiewicz, Leszek Barcz, Adam M. Lejk, Dariusz P. Fey

Rozdział 3. Połowy szczupaka w Zatoce Puckiej w latach 1964–2021 57
Adam Grochowski, Adam M. Lejk, Dariusz P. Fey

Rozdział 4. Obecny stan delt rzek Redy i Płutnicy w aspekcie istnienia tarlisk szczupaka oraz drożności potencjalnych dróg migracji 67
Adam Grochowski, Adam M. Lejk

Rozdział 5. Stan Zatoki Puckiej w opinii rybaków przybrzeżnych 89
Iwona Psuty

Rozdział 6. Występowanie szczupaka *Esox lucius* L. w rzekach Redzie i Płutnicy wiosną lat 2020–2022, w kontekście wiosennych migracji tarłowych 111
Adam M. Lejk, Adam Grochowski, Michał Zimak, Łukasz Dziemian, Martyna Greszkiewicz, Dariusz P. Fey

Rozdział 7. Podchów szczupaka w układach RAS oraz transport narybku 141
Mirosław Szczepkowski, Dariusz P. Fey, Bożena Szczepkowska, Michał Zimak, Adam M. Lejk, Martyna Greszkiewicz

Rozdział 8. Zjawisko kanibalizmu u szczupaka (*Esox lucius*) 173
Martyna Greszkiewicz, Dariusz P. Fey

Rozdział 9. Podchów narybku szczupaka z dostosowaniem do zarybień słonawych wód Bałtyku 191
Dariusz P. Fey, Martyna Greszkiewicz, Michał Zimak, Adam M. Lejk, Bożena Szczepkowska, Marcin Białowąs, Mirosław Szczepkowski

Rozdział 10. Zarybienia Zatoki Puckiej narybkiem szczupaka *Esox lucius* 225
Adam M. Lejk, Michał Zimak, Łukasz Dziemian, Martyna Greszkiewicz, Marcin Sułkowski, Adam Grochowski, Mirosław Szczepkowski, Bożena Szczepkowska, Iwona Piotrowska, Michał Kozłowski, Dariusz P. Fey

Rozdział 11. Pokarm szczupaka z Zatoki Puckiej 265
Dariusz P. Fey, Joanna Pawlak, Marzenna Pachur, Adam Grochowski, Michał Zimak, Adam M. Lejk, Martyna Greszkiewicz, Marcin Białowąs

Rozdział 12. „Słony szczupak" – rozród w słonawych wodach Bałtyku jako strategia rozrodcza 291
Dariusz P. Fey, Martyna Greszkiewicz, Adam M. Lejk, Michał Zimak, Anna Wąs-Barcz, Mirosław Szczepkowski

Rozdział 13. Badania parazytologiczne szczupaka (*Esox lucius*) z Zatoki Puckiej w ramach projektu PIKE 313
Katarzyna Nadolna-Ałtyn, Joanna Pawlak

Jacobsen, L., Bekkevold, D., Berg, S., Jepsen, N., Koed, A., Aarestrup, K., Baktoft, H., Skov, C., 2017. Pike (*Esox lucius* L.) on the edge: consistent individual movement patterns in transitional waters of the western Baltic. Hydrobiologia, 784, 143–154.

Koed, A., Balleby, K., Mejlhede, P., Aarestrup, K., 2006. Annual movement of adult pike (*Esox lucius* L.) in a lowland river. Ecology of Freshwater Fish, 15: 191–199.

Kornis, M.S., Mercado-Silva, N., Vander Zanden, M.J., 2012. Twenty years of invasion: a review of round goby *Neogobius melanostomus* biology, spread and ecological implications. Journal of Fish Biology, 80: 235–285.

Lucas, M.C., Baras, E., 2001. Migration of Freshwater Fishes. Blackwell Science Ltd., Oxford, 420 pp.

MIR, 2021. Raport końcowy z realizacji programu badań środowiska morskiego Zatoki Puckiej ze szczególnym uwzględnieniem czynników istotnych dla rybołówstwa. Umowa nr BBF.III.320.U.74.2019/511, ss. 303.

Morais, P., Daverat, F., (Eds.) 2016. Definitions and concepts related to fish migration. In: An introduction to fish migration (1st ed.), Taylor & Francis Group, CRC Press, 315 pp.

Nilsson, J., 2006. Predation of Northern Pike (*Esox lucius* L.) eggs: a possible cause of regionally poor recruitment in the Baltic Sea. Hydrobiologia, 553: 161–169.

Psuty, I., Zaporowski, R., Gaweł, W., 2023. Goodbye to northern pike (*Esox lucius*) in the Polish southern Baltic? Fisheries Research, 258:106549.

Pierce, R.B., Carlson, A.J., Carlson, B.M., Hudson, D., Staples, D.F., 2013. Depths and thermal habitat used by large versus small northern pike in three Minnesota lakes. Transactions of the American Fisheries Society, 142: 1629–1639.

PN-EN 14011:2006. Jakość wody – Pobieranie próbek ryb z zastosowaniem elektryczności. Polski Komitet Normalizacyjny, ss. 19.

Radtke, G., Grochowski, A., Dębowski, P., 2007. Ichtiofauna dorzecza Redy oraz pozostałych małych cieków wpadających do Zatoki Gdańskiej. Roczniki Naukowe PZW, 20: 83–112.

Skov, C., Lucas, M.C., Jacobsen, L., 2018. Spatial ecology. In: Biology and ecology of pike (1st ed.), (Eds.) C. Skov, P.A. Nilsson, Taylor & Francis Group, CRC Press, 83–120.

Schmidt, B., Adamski, P., Lejk, A.M., Szymanek, L., 2015. Akustyczne obserwacje migracji ryb w nurcie rzeki Płutnica (poster), Prezentowane na: Konferencja wieńcząca realizację projektu Restytucja kluczowych elementów ekosystemu Zatoki Puckiej Wewnętrznej, 16.12.2015, Gdynia, Polska.

Skóra, K.E., 1993. Ichtiofauna. W: Zatoka Pucka, (Red.) K. Korzeniewski, Wydawnictwo Instytutu Oceanografii Uniwersytetu Gdańskiego, Gdańsk: 455–467.

Skóra, K.E., Stolarski, J., 1993. New fish species in the Gulf of Gdańsk, Neogobius sp. [cf. *Neogobius melanostomus* (Pallas 1811)]. Bulletin of the Sea Fisheries Institute, 128: 83.

Vehanen, T., Hyvärinen, P., Johansson, K., Laaksonen, T., 2006. Patterns of movement of adult northern pike (*Esox lucius* L.) in a regulated river. Ecology of Freshwater Fish, 15: 154–160.

Wałowski, J., 2009. Sezonowa zmienność występowania wybranych gatunków ryb Zatoki Puckiej Zewnętrznej. Komunikaty Rybackie, 108: 16–19.

Zakęś, Z., Szczepkowski, M., Kapusta, A., Rożyński, M., Stawecki, K., Pyka, J., Szczepkowska, B., Wunderlich, K., Kozłowski, M., Kowalska, A., Hopko, M., 2015. Z akwakultury do natury. Opracowanie alternatywnych metod zarządzania rybołówstwem drapieżnych ryb jeziorowych. Praca zbiorowa pod redakcją Z. Zakęsia, M. Szczepkowskiego, Wydawnictwo IRS, Olsztyn, ss. 224.

Żelazo, J., Popek, Z., 2002. Podstawy renaturyzacji rzek. Wydawnictwo SGGW, Warszawa, ss. 319.

7

Podchów szczupaka w układach RAS oraz transport narybku

rozdział 7

Podchów szczupaka w układach RAS oraz transport narybku

Mirosław Szczepkowski[1], Dariusz P. Fey[2], Bożena Szczepkowska[1], Michał Zimak[3], Adam M. Lejk[3], Martyna Greszkiewicz[2]

[1] *Zakład Hodowli Ryb Jesiotrowatych, Instytut Rybactwa Śródlądowego – PIB, 11-610 Pozezdrze, Pieczarki 50*

[2] *Zakład Oceanografii Rybackiej i Ekologii Morza, Morski Instytut Rybacki – PIB, ul. Kołłątaja 1, 81-332 Gdynia*

[3] *Zakład Logistyki i Monitoringu, Morski Instytut Rybacki – PIB, ul. Kołłątaja 1, 81-332 Gdynia*

1. WSTĘP

Podchów ryb drapieżnych, do których należy szczupak, jest zadaniem trudnym przede wszystkim ze względu na silny kanibalizm. Chociaż szczupak ma bardzo duże znaczenie w gospodarce rybacko-wędkarskiej i jest gatunkiem najczęściej wykorzystywanym do zarybień w Polsce (Mickiewicz, 2022), to obecnie zaledwie kilka ośrodków hodowlanych prowadzi podchów stadiów narybkowych w systemach recyrkulacyjnych ukierunkowany na cele zarybieniowe. Jest to związane z faktem, że istnieje stosunkowo niewiele informacji dotyczących technologicznych aspektów chowu materiału zarybieniowego w systemach recyrkulacyjnych. W szczególności dotyczy to podchowu najmłodszych stadiów rozwojowych, czyli larw, do momentu pojawienia się nasilonego kanibalizmu. W poniższym rozdziale przedstawiono podsumowanie istniejącego stanu wiedzy o podchowie szczupaka z uwzględnieniem najnowszych wyników uzyskanych w realizowanym projekcie PIKE.

2. PRZYGOTOWANIA DO PODCHOWU

Podchów w systemie recyrkulacyjnym odbywa się w warunkach znacznie różniących się od warunków stawowych. Wśród najważniejszych różnic należy wskazać dużo większe zagęszczenie ryb w basenach, sięgające początkowo nawet 100 tys. larw w 1 m^3 wody (Szczep-

kowski i Szczepkowska, 2016), oraz wyższe od zewnętrznych temperatury wody wymagane w początkowym okresie podchowu w systemie recyrkulacyjnym. Duże zagęszczenie ryb przy relatywnie wysokich temperaturach wody stwarza większe zagrożenie infekcji bakteryjnych oraz występowania innych chorób, np. różnego rodzaju pasożytów. Ryzyko jest zdecydowanie największe, gdy inkubacja ikry odbywa się z wykorzystaniem wód naturalnych (rzek, jezior lub stawów).

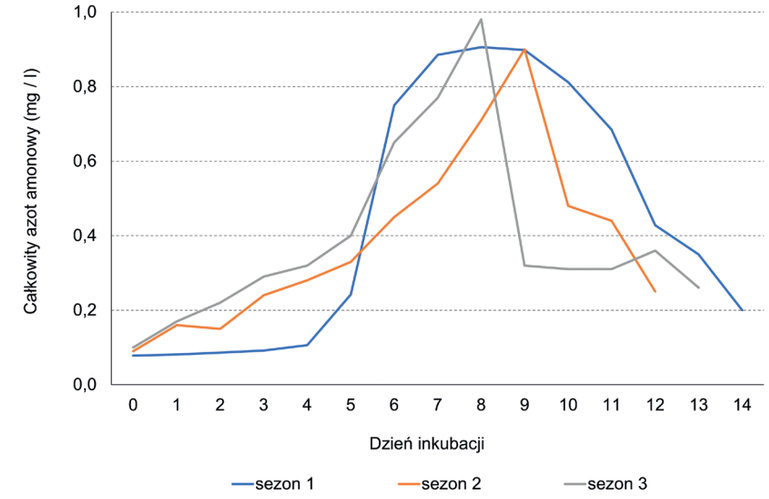
W celu zminimalizowania ryzyka infekcji, przed planowanym podchowem w RAS niezbędne było zaplanowanie czynności i opracowanie procedur zasadniczo odmiennych niż w przypadku larw przeznaczonych bezpośrednio do zarybień.

2.1. Inkubacja ikry

Materiałem wyjściowym do podchowu szczupaka są produkty płciowe pozyskiwane od tarlaków złowionych w naturalnych zbiornikach i przewożone do zapłodnienia w wylęgarni. Podstawowym elementem wyposażenia wylęgarni szczupaka są aparaty inkubacyjne o pionowym przepływie wody. Najczęściej są to aparaty Weissa lub McDonalda usytuowane w jednym lub wielu rzędach. Nie powinny być one narażone na bezpośrednie działanie promieni słonecznych. W aparatach Weissa niezbędnym elementem wyposażenia są różnego rodzaju zabezpieczenia w dolnej części aparatu, tzw. grzybki, których zadaniem jest ochrona ikry przed cofaniem się ze słojów do rurociągu w sytuacjach awaryjnych, np. podczas braku przepływu przy zaniku energii elektrycznej. Zapewniają one również równomierne rozprowadzenie strumienia wody. Stwierdzono bowiem, że w początkowym okresie inkubacji często dochodziło nawet do całkowitego obumierania ikry, będącego skutkiem wzajemnego obijania się ziaren w dolnej części aparatu.

Ikra do wylęgarni powinna być dostarczona najpóźniej w ciągu 4 godzin od pozyskania. Po tym czasie jej zdolność do zapłodnienia szybko spada. Bezpośrednio po zapłodnieniu i wstępnym rozklejeniu ikra jest obsadzana do aparatów inkubacyjnych. Biorąc pod uwagę pęcznienie jaj (około dwukrotne powiększenie objętości), bezpieczna porcja nie powinna przekraczać 2,5 kg świeżej ikry w aparacie Weissa i 1,7 kg w aparacie McDonalda. Ikra szczupaka jest stosunkowo mało kleista, a jej odklejanie najwygodniej przeprowadza się stosując zwiększony przepływ wody przez okres 40–60 minut po obsadzeniu, to jest przed pełnym napęcznieniem. Po tym czasie przepływ wody należy zmniejszyć, ponieważ ikra staje się wrażliwa (aż do zaoczkowania) na uszkodzenia mechaniczne.

W przypadku, gdy uzyskany wylęg jest przeznaczony do chowu w systemie recyrkulacyjnym, najlepszym rozwiązaniem jest prowadzenie inkubacji również w systemie zamkniętym. Należy przy tym mieć na uwadze, że źródło wody powinno zapewnić odpowiednie warunki do rozwoju ikry (np. woda z ujęcia podziemnego). Dodatkową zaletą tej metody jest możliwość sterowania temperaturą wody i utrzymywania jej na zbliżonym poziomie, jak w systemach do dalszego przetrzymywania i podchowu larw. Jednakże inkubacja ikry szczupaka w systemie recyrkulacyjnym nie jest sprawą prostą, ponieważ przy dużym obciążeniu wylęgarni istnieje możliwość występowania nadmiernych koncentracji toksycznych związków, głównie azotu



Rys. 1. Zmiany zawartości azotu amonowego podczas inkubacji ikry szczupaka w systemie recyrkulacyjnym

amonowego i azotynów. Ich źródłem są przede wszystkim procesy rozkładu materii związane z obumieraniem części ikry.

Podczas prowadzonej inkubacji ikry szczupaka obliczono, że ilość powstającego całkowitego azotu amonowego wynosi początkowo 0,02–0,04 mg h^{-1} kg^{-1} ikry, w okresie po zaoczkowaniu (to jest już po oddzieleniu martwej ikry) około 0,1 mg h^{-1} kg^{-1} ikry, natomiast w okresie obumierania ikry (do zaoczkowania) sięga nawet 3–4 mg h^{-1} kg^{-1} – kilkadziesiąt razy więcej niż w pozostałych okresach. Nawet przy wyposażeniu wylęgarni w biofiltry nie są one w stanie na bieżąco usunąć tych związków. Jest to związane z tym, że filtry stosowane w wylęgarniach mają relatywnie niewielkie rozmiary, a inkubacja ikry odbywa się w niskiej temperaturze wody, która ogranicza efektywność rozwoju bakterii nitryfikacyjnych odpowiedzialnych za przekształcenie form azotu w procesie nitryfikacji (Zhu i Chen, 2002).

Na rysunku 1 przedstawiono przebieg zmian koncentracji azotu amonowego podczas inkubacji ikry szczupaka w systemie recyrkulacyjnym. Widoczny jest gwałtowny wzrost zawartości całkowitego azotu amonowego w okresie pomiędzy 4 a 8 dniem inkubacji (około 30–35 a 65–70°D), to jest do zaoczkowania ikry.

Na podstawie dotychczasowych obserwacji można przyjąć, że bezpieczny poziom zawartości azotu amonowego nie powinien przekraczać wartości 0,3 mg dm^{-3} w początkowej fazie inkubacji i 1 mg dm^{-3} po zaoczkowaniu. Przekraczanie dopuszczalnych wartości tych parametrów może prowadzić do nieprawidłowości rozwoju zarodków, np. w postaci deformacji lub redukcji długości ciała zarodków. Pierwszym wizualnym objawem zatrucia jest zmiana inten-

sywności koloru ikry, która jest znacznie jaśniejsza od rozwijającej się normalnie. Szkodliwe efekty uwidaczniają się także w dalszym rozwoju, wyklute larwy są mniejsze, słabiej wybarwione, mniej ruchliwe. Mają trudności z przyklejeniem się do substratu i występują u nich znacznie większe straty w okresie resorpcji woreczka żółtkowego. Znacznie słabiej podejmują żerowanie, co w praktyce wyklucza ich wykorzystanie do podchowu.

Aby temu zapobiegać w okresie obumierania ikry konieczna jest intensywna wymiana wody, która może sięgać (w zależności od ilości i jakości ikry) nawet 100% objętości systemu na dobę. Należy podkreślić, że bardzo istotne znaczenie ma systematyczne i jak najszybsze usuwanie obumarłej ikry. Jaja żywe i martwe charakteryzują się podobną pływalnością i trudno jest je oddzielić. Przy zastosowaniu aparatów Weissa odbywa się to sukcesywnie, małymi porcjami ikry gromadzącej się w górnej części aparatu. Jednak zasadnicza część martwych ziaren jest usuwana z systemu w procesie tzw. odsalania, który może być przeprowadzony dopiero po zaoczkowaniu ikry. Polega on na umieszczeniu ikry w roztworze soli kuchennej o stężeniu powyżej 12% w specjalnie przystosowanych do tego celu zmodyfikowanych słojach. W trakcie trwającego kilka minut procesu martwe jaja opadają na dno aparatu, a żywe gromadzą się w górnej jego części (fot. 1).

Fot. 1. Ikra szczupaka w trakcie odsalania. W górnej części zgromadzona żywa ikra, w dolnej – martwa (fot. M. Szczepkowski)

W przypadku zastosowania do inkubacji aparatów McDonalda obumarła ikra znacznie łatwiej gromadzi się w górnej części aparatu, dzięki czemu najczęściej może być usunięta (zlewarowana) jeszcze przed zaoczkowaniem bez konieczności odsalania (fot. 2).

Do podchowu w systemie recyrkulacyjnym może być wykorzystana ikra pochodząca także z tradycyjnych wylęgarni pracujących w systemie otwartym (z wykorzystaniem naturalnych wód rzecznych lub jeziorowych). Większość okresu inkubacji przeprowadza się wówczas w systemie przepływowym, a ikra jest przenoszona do systemu zamkniętego wylęgarni dopiero po zaoczkowaniu lub też bezpośrednio przed wykluciem już do systemu do przetrzymywania larw. Niezbędne jest jednak wykonanie kąpieli profilaktycznej ikry. Jednym ze sprawdzonych praktycznie rozwiązań jest 10-minutowa kąpiel w Chloraminie T w stężeniu 20 mg dm^{-3}. Należy przy tym nadmienić, że przeprowadzenie kąpieli profilaktycznej jest znacznie łatwiejsze w przypadku ikry niż wylęgu. Zabieg należy przeprowadzać ostrożnie, z wykonaniem kąpieli próbnej (kontrolnej) na małej partii, ponieważ jeżeli jest wykonywany przed samym kluciem istnieje ryzyko masowego przyspieszenia przedwczesnego klucia larw.

Fot. 2. Inkubacja ikry szczupaka w zmodyfikowanych aparatach McDonalda, w górnej części widoczna gromadząca się obumarła ikra (fot. M. Szczepkowski)

Podczas przenoszenia ikry niezbędne jest obliczenie jej ilości. Jest to konieczne dla kontrolowania liczebności wylęgu podczas obsadzania basenów do podchowu i ustalania początkowych parametrów (np. dawek pokarmowych). Obliczanie ilości wylęgu może być przeprowadzone na podstawie objętości ikry lub wylęgu, przy czym szacowanie jest dużo łatwiejsze w przypadku ikry niż wylęgu.

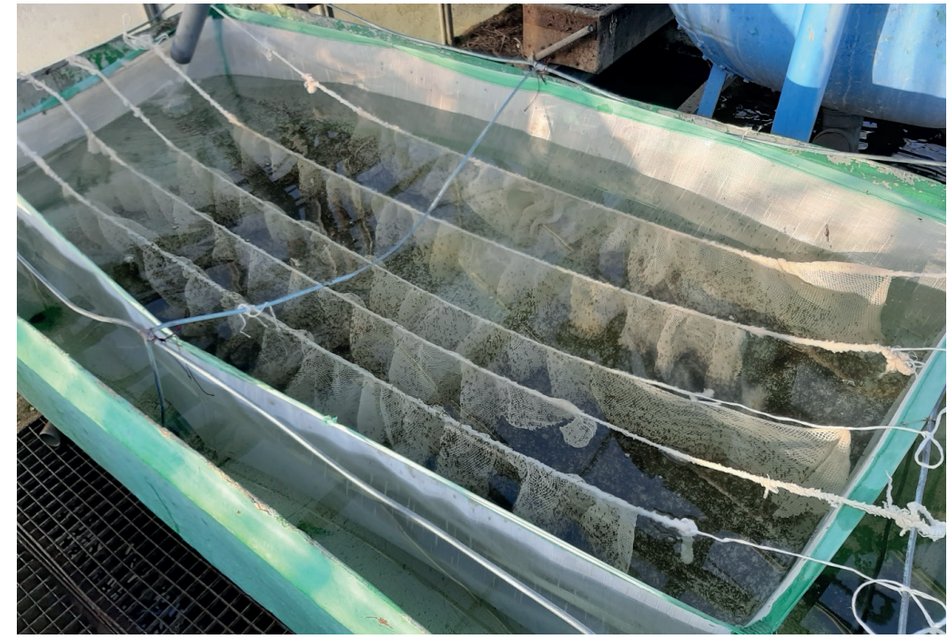
Jeden litr zaoczkowanej ikry zawiera przeciętnie 50–80 tys. ziaren (Szczerbowski i in., 1993), natomiast w jednym litrze wylęgu po rozpoczęciu pływania znajduje się około 43 tys. szt. (Szczepkowski i in., 2006). Należy jednak zwrócić uwagę, że wartości te mogą być w niektórych przypadkach obarczone znacznym błędem. Dotyczy to np. sytuacji, gdy ikra pochodzi od bardzo dużych samic, których ikra charakteryzuje się większymi rozmiarami ziaren. W takich wypadkach wskazane jest każdorazowe wykonanie obliczeń na podstawie niewielkich prób.

2.2. Przetrzymywanie wylęgu

Po wykluciu larwy początkowo leżą na dnie, podrywając się okresowo w górę. Po napotkaniu fizycznej przeszkody przyczepiają się do niej w pozycji pionowej (fot. 3). W naturze są to najczęściej fragmenty roślin, chociaż obserwowano również przytwierdzanie się do powierzchni wody (Philippart i Vranken, 1983). Do przyklejania się służą, charakterystyczne dla wielu gatunków ryb fitofilnych, tzw. gruczoły cementowe (Balon, 1984) znajdujące się z przodu głowy i po obu jej stronach nieco przed oczami. Larwy nie pozostają przymocowane stale w jednym miejscu, ale przemieszczają się, szczególnie gdy są zaniepokojone lub przy silnych zmianach oświetlenia. Pod koniec okresu embrionalnego gruczoły cementowe zmniejszają się, pęcherz pławny wypełnia się powietrzem i larwa rozpoczyna swobodne pływanie (Raat, 1988). W naturze przyczepianie się larw do substratu w czasie resorpcji zapasów żółtka z woreczka żółtkowego pozwala im unikać zanieczyszczenia skrzeli osadami dennymi oraz narażenia na strefy niedotlenione znajdujące się przy dnie (Bry, 1996).

Długość okresu spoczynkowego od wyklucia do rozpoczęcia samodzielnego pływania zależy głównie od temperatury wody. W średniej temperaturze wody 9,3°C wynosił on 16 dni (148,3°D), a w temperaturze 19,5°C tylko 3,5 doby (68°D). Mniejszy wpływ na tzw. podnoszenie wylęgu miało zaciemnianie basenów, w których go przetrzymywano. W basenach zaciemnianych larwy podnosiły się o 6–12 godzin później niż w basenach odkrytych. Należy jednak zwrócić uwagę, że w okresie resorpcji woreczka żółtkowego larwy preferują miejsca zacienione i jeżeli miejsce ich przetrzymywania jest tylko częściowo osłonięte, przemieszczają się w te części, a fototaksję dodatnią wykazują już po rozpoczęciu pływania. Przykrywanie basenów jest konieczne w miejscach silnie nasłonecznionych, gdyż w przeciwnym przypadku może dochodzić do rozwoju glonów nitkowatych, w które larwy mogą się wplątywać.

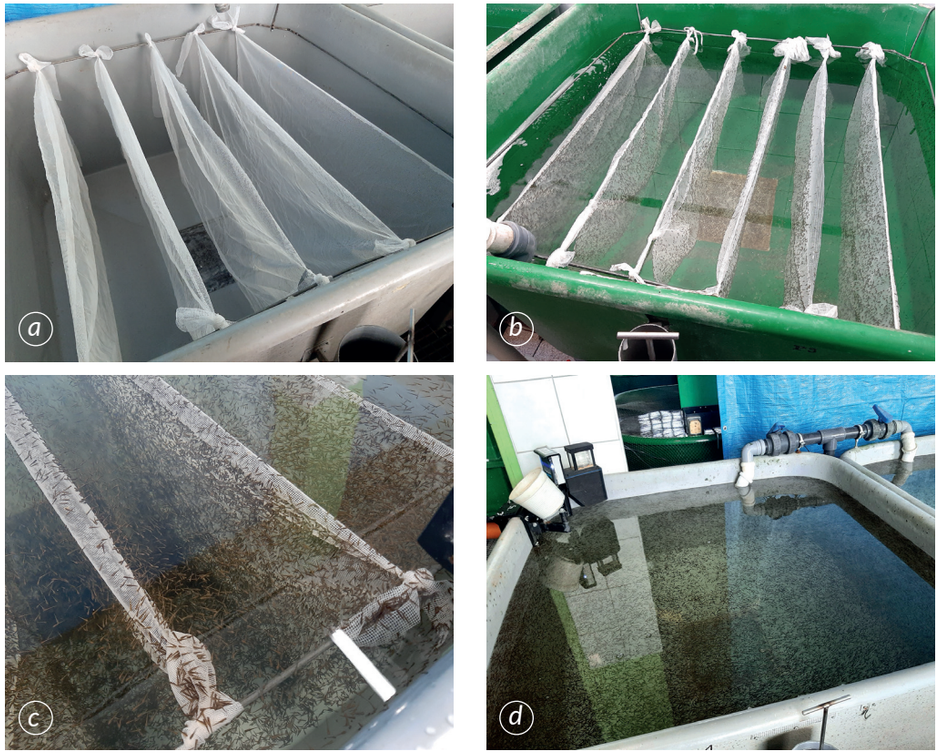
Fot. 3. Larwy szczupaka przyklejone do ścian basenu i substratu wewnątrz niego w okresie resorpcji zapasów woreczka żółtkowego (fot. M. Szczepkowski)



Fot. 4. Sadzyk do przetrzymywania wylęgu szczupaka w okresie resorpcji woreczka żółtkowego (fot. M. Szczepkowski)

Wylęg przeznaczony do podchowu może być przetrzymywany w okresie resorpcji zapasów woreczka żółtkowego bezpośrednio w systemach i basenach, w których będzie prowadzony dalszy podchów lub w basenach, z których po zakończeniu procesu resorpcji zostanie odłowiony i obsadzony do podchowalników. W obydwu przypadkach w basenach należy umieścić substrat, na którym przyklejone larwy zresorbują zapasy woreczków żółtkowych. Dotychczas jednym z najczęściej wykorzystywanych rozwiązań było zastosowanie sadzyków dostosowanych wielkością i kształtem do wymiarów basenów (fot. 4). Wewnątrz umieszczano różnego rodzaju tkaniny lub elementy z tworzywa sztucznego, do których larwy przyklejały się i pozostawały do momentu rozpoczęcia swobodnego pływania.

Wylęg pływający wymaga odłowienia, co w przypadku zastosowania sadzyków jest dość proste, gdyż umożliwiają one zagęszczanie ryb przed odłowem. Rozwiązanie takie jest korzystne w przypadku larw przeznaczonych do zarybienia. W przypadku larw przeznaczonych do podchowu korzystniejsze jest umieszczanie ich od razu po wykluciu bezpośrednio w basenach, w których będą później podchowywane. Dzięki temu unika się dodatkowych manipulacji i osłabiania larw, a żywienie można rozpocząć natychmiast, gdy tylko rozpoczną swo-



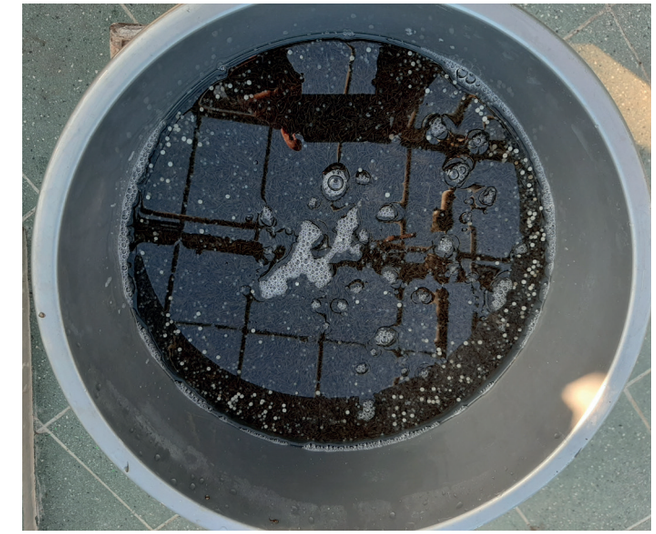
Fot. 5. Wstępny etap podchowu: (a) przygotowanie substratu; (b) larwy przyklejone do substratu; (c) rozpoczęcie samodzielnego pływania; (d) usunięcie substratu i rozpoczęcie żywienia (fot. M. Szczepkowski)

bodne pływanie. Szacowanie liczby ryb należy przeprowadzić już podczas obsadzania wylęgu, uwzględniając straty w okresie przebywania przyklejonych larw na substracie.

Poszczególne etapy postępowania podczas przygotowania basenów do przetrzymywania larw do zakończenia resorpcji zapasów woreczka żółtkowego przedstawiono na fotografiach 5a–d.

Podczas przetrzymywania larw należy zwrócić uwagę by nie dochodziło do nadmiernego ich gromadzenia, szczególnie zanim przykleją się do substratu. Sprzyja temu zbyt duży przepływ wody. Baseny powinny być zacienione, larwy unikają bowiem miejsc oświetlonych. Przy zmiennym oświetleniu aktywnie poszukują miejsc bardziej zacienionych. Przy wielu takich próbach są zbyt słabe, aby przyczepić się do substratu i opadają na dno, gdzie przy dużym nagromadzeniu mogą snąć w wyniku uduszenia.

Wyniki przetrzymywania larw przyklejonych do substratu w bardzo dużym stopniu zależą od warunków sanitarnych w basenach. W systemach recyrkulacyjnych, oprócz utrzymywania jakości wody o odpowiednich parametrach, największym zagrożeniem są choroby grzybowe, których potencjalnym źródłem mogą być rozkładające się osłonki jajowe pozostałe po wykluciu oraz martwe larwy. Takie podłoże sprawia, że w bardzo krótkim czasie tworzą się na dnie duże nitkowate płachty stopniowo porastające pleśnią. Stają się one pułapką dla zdrowych, przemieszczających się larw, w efekcie czego te sną. Jednocześnie są one bardzo trudne do usunięcia bez jednoczesnego zbierania larw. Z tego powodu należy dążyć do tego, aby do basenów obsadzać wyłącznie jednorodne, w pełni już wyklute larwy (fot. 6).



Fot. 6. Jednorodne larwy szczupaka uzyskane w wyniku wymuszonego klucia, bezpośrednio przed przeniesieniem do basenu (fot. M. Szczepkowski)

Praktycznym rozwiązaniem tego problemu jest wymuszanie klucia w aparatach inkubacyjnych. Proces wykluwania jest dość rozciągnięty w czasie i może trwać około dwóch dób, w tym czasie najwcześniej wyklute larwy mogą wydostawać się z prądem wody z aparatów inkubacyjnych (fot. 7).

Sposobem unifikacji terminu klucia jest tzw. przyduszanie wylę-

Fot. 7. Świeżo wyklute larwy szczupaka podczas prób wypłynięcia z aparatu inkubacyjnego (fot. M. Szczepkowski)

gu. Polega ono na zatrzymywaniu przepływu wody w aparatach inkubacyjnych na 6–8 minut. Zabieg ten powinien być wykonany, gdy wizualnie ocenimy, że co najmniej 10% larw w aparacie inkubacyjnym jest już wyklutych. Gwałtowne wykluwanie się całej partii ikry następuje po około 2–4 godzinach od ponownego uruchomienia przepływu. Należy wówczas odczekać, aż z aparatu inkubacyjnego najpierw wypłyną z prądem wody lekkie osłonki jajowe, a czyste larwy można wówczas przenieść do przygotowanego basenu.

W przypadku obsadzania niejednorodnego wylęgu z dużą domieszką jaj niewyklutych, trudnych do odsortowania, w basenie znajdują się również osłonki jajowe i martwe jaja. Po około dobie od obsadzenia konieczne jest oczyszczenie miejsc z zalegającymi osadami i pozostawienie w basenie tylko wylęgu przyklejonego do substratu. W przeciwnym razie szybko pogarszają się warunki środowiskowe dla żywego wylęgu (w szczególności tlenowe i sanitarne), co może prowadzić do stopniowego odklejania się i śnięć larw. Wylęg staje się wówczas jaśniejszy, przybierając barwę niebieskoszarą i obumiera.

2.3. Przygotowanie systemu recyrkulacyjnego

Przed obsadzeniem larw niezbędne jest wcześniejsze przygotowanie przeznaczonego dla nich systemu recyrkulacyjnego. Prace te obejmują: wykonanie odpowiednich zabezpieczeń odpływu wody z basenów, zalanie wodą systemu, uruchomienie i sprawdzenie działania urządzeń, uzupełnienie sprzętu podchowowego. W przypadku szczupaka można stosować różnego rodzaju zabezpieczenia stosowane powszechnie dla innych gatunków ryb, zarówno w postaci kratki na dnie, jak i rury umieszczonej centralnie lub odpływów górnych (fot. 8). W basenach z kratką znajdującą się na dnie bardzo ważne jest zapewnienie stałego oświetlenia po rozpoczęciu żywienia. W warunkach zaciemnienia lub bardzo słabego oświetlenia larwy osiadają na dno, co może skutkować zatykaniem kratek odpływowych i wylaniem się wody z basenów

Fot. 8. Baseny do podchowu szczupaka z odpływem w postaci rury centralnej (z lewej) i kratki w dnie (z prawej) – fot. M. Szczepkowski

wraz z larwami. Wielkość boku oczka siatki zabezpieczającej początkowo nie powinna przekraczać 1 mm. Należy przy tym zwrócić uwagę na uszczelnienie wszelkich szczelin, w tym również kratek przelewowych, przez które wylęg mógłby wypływać do obiegu. W miarę wzrostu wielkości larw i narybku w basenie, konieczna jest wymiana zabezpieczeń na takie, które posiadają większe oczka. Jest to istotne zwłaszcza w przypadku wklejonych w dno kratek. Większe oczka znacząco ułatwiają utrzymanie czystości w basenach. Można tego dokonać w trakcie sortowania narybku, wykorzystując wolny basen z uprzednio wklejoną kratką posiadającą większe oczka.

Wymagany czas wcześniejszego uruchomienia systemu zależy od zastosowanej procedury podchowu. W przypadku, gdy do basenów podchowowych obsadzane będą larwy bezpośrednio po wykluciu, dużo wcześniejsze uruchomienie systemu nie jest konieczne, wystarczą 1–2 dni przed planowaną obsadą (dłuższy czas jest wymagany jedynie w przypadku pracy nowych systemów, uruchamianych po raz pierwszy). Przy niewielkiej początkowej biomasie ryb nawet świeżo uruchomione biofiltry są w stanie zneutralizować niewielkie ilości szkodliwych związków azotowych – produktów metabolizmu ryb. Planując moment uruchomienia systemu należy również zwrócić uwagę na czas wymagany do uzyskania odpowiedniej temperatury wody, która powinna być nieco wyższa (2–4°C) niż w wylęgarni.

Jeżeli do systemu podchowowego obsadzane są larwy już po zakończeniu resorpcji zapasów żółtkowych (wylęg pływający), przetrzymywane wcześniej w innych systemach, wówczas wymagane jest znacznie wcześniejsze uruchomienie złoża biologicznego, niezbędne do wytworzenia odpowiedniej błony biologicznej. Jest to związane z faktem, że od samego początku podchowu (momentu obsadzenia ryb w basenach) konieczne jest intensywne żywienie paszą podawaną w nadmiarze. Początkowa dawka pokarmowa sięga, w zależności od temperatury wody, około 15–20% biomasy ryb i stanowi to już istotne obciążenie biofiltra. W związku z tym należy przyjąć, że okres wcześniejszego napełnienia wodą złoża i jego uruchomienia powinien wynosić minimum 2 tygodnie. Wskazane jest również zastosowanie tzw. szczepienia złoża bakteriami nitryfikacyjnymi z jednoczesnym dostarczeniem do RAS mineralnych związków azotu (Zakęś i in., 2015).

Jednym z warunków efektywnego przeprowadzenia podchowu jest szybka adaptacja larw po zakończeniu resorpcji zapasów woreczka żółtkowego do warunków panujących w basenach i podjęcie przez nie żerowania. Jest to kluczowy moment, bowiem larwy, które nie zaczną się odżywiać bardzo szybko słabną, wskutek czego nie są już w stanie pochwycić pokarmu. Należy zwrócić uwagę, że larwy szczupaka znaczną część okresu resorpcji zapasów żółtka spędzają przyklejone do substratu, a kiedy zaczynają już pływać, ich zapasy energetyczne są praktycznie wyczerpane. W praktyce muszą one podjąć żerowanie natychmiast, gdyż biorąc pod uwagę temperatury wody panujące w czasie podchowu osiągnięcie punktu PNR (ang. Point of No Return), czyli tzw. moment bez odwrotu, po którym mimo dostępności pokarmu larwy nie są w stanie żerować i umierają (Blaxter i Hempel, 1963), może nastąpić bardzo szybko i już po 3–4 dniach od rozpoczęcia swobodnego pływania mogą występować masowe śnięcia nieżerujących larw. Dlatego najlepsze warunki do rozpoczęcia podchowu stwarza przetrzymywanie larw w okresie resorpcji w basenach, w których będzie prowadzony dalszy ich pod-

chów. Wówczas wystarczy tylko usunąć substrat i rozpocząć żywienie ryb. W sytuacji, gdy wylęg jest przetrzymywany w innym miejscu niż będzie podchowywany, konieczne jest jego obsadzenie natychmiast po rozpoczęciu pływania, najpóźniej w ciągu 24 godzin. Dodatkowe trudności stwarza możliwa różnica temperatur wody pomiędzy systemami oraz konieczność obliczenia liczby larw do obsady basenów. W tym przypadku należy liczyć się z tym, że część larw może nie podjąć żerowania. Takie larwy przyjmują ciemniejszą barwę, chudną i gromadzą się w skupiskach w pobliżu odpływu z basenu. Są one nieprzydatne do podchowu i należy je jak najszybciej usunąć.

3. PODCHÓW W SYSTEMIE RECYRKULACYJNYM

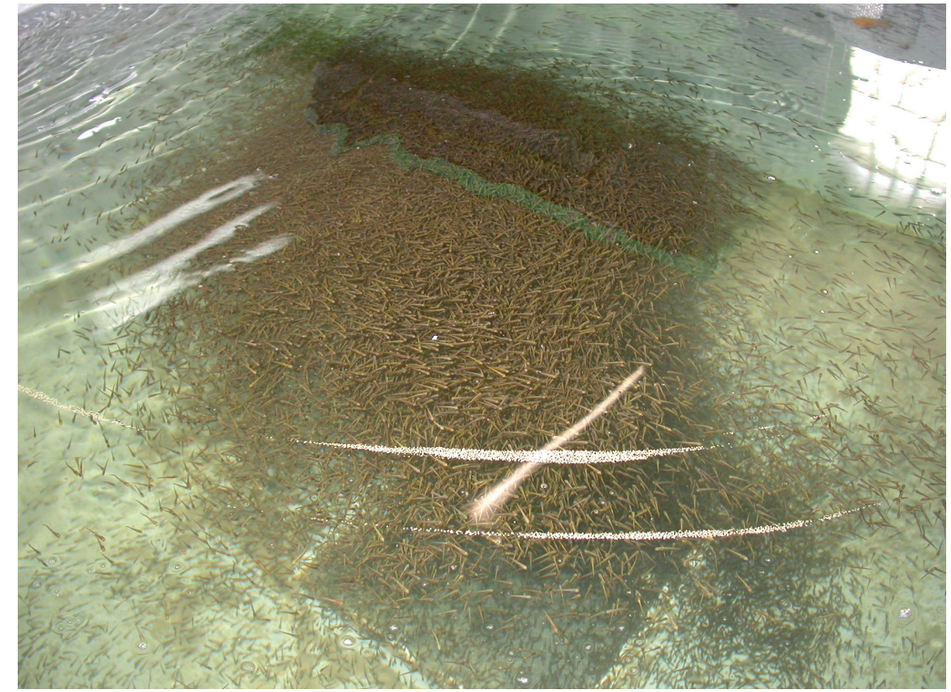
3.1. Wstępny podchów larw

Wśród najważniejszych czynników warunkujących efektywne rozpoczęcie żerowania larw szczupaka należy wymienić: temperaturę wody, przepływ wody, głębokość i oświetlenie basenów podchowowych. Temperatura podchowu bezpośrednio w okresie po rozpoczęciu żerowania nie powinna spadać poniżej 14°C (optymalny zakres 16–18°C). Są to temperatury znacznie niższe niż optimum termiczne gatunku, które według różnych autorów wynosi 24–26°C (Hokanson i in., 1973; Górny, 1992; Wolnicki i Górny, 1997). Należy jednak mieć na uwadze, że powyższe badania przeprowadzano w warunkach znacznie bardziej ekstensywnych (mniejszych zagęszczeń obsad) i/lub z użyciem pokarmu naturalnego. W przypadku intensywnego podchowu i żywienia komercyjnymi paszami, ryby potrzebują więcej czasu do przyuczenia się, zaś zbyt wysokie temperatury powodują, że część osobników nie zdąży rozpocząć chwytania pokarmu przed osiągnięciem PNR. Z kolei zbyt niskie temperatury powodują, że znacznie więcej ryb nie akceptuje pobierania paszy, a sam podchów znacznie się wydłuża. Najniższa temperatura, w której przeprowadzono udany podchów wynosiła 11,7°C.

W przypadku szczupaka dobór optymalnej temperatury podchowu jest również bardzo ważny w kontekście celu, jakim jest finalnie zarybienie. Ma to szczególnie znaczenie przy krótkotrwałych podchowach np. do stadium narybku letniego. Różnica temperatur pomiędzy podchowalnią a zarybianym zbiornikiem nie powinna być zbyt duża, ponieważ miałoby to negatywny wpływ na adaptację ryb. Można tego uniknąć dostosowując warunki termiczne w obiegu na kilka dni przed zarybieniem do warunków panujących aktualnie w zbiorniku wodnym do którego będą wpuszczane ryby.

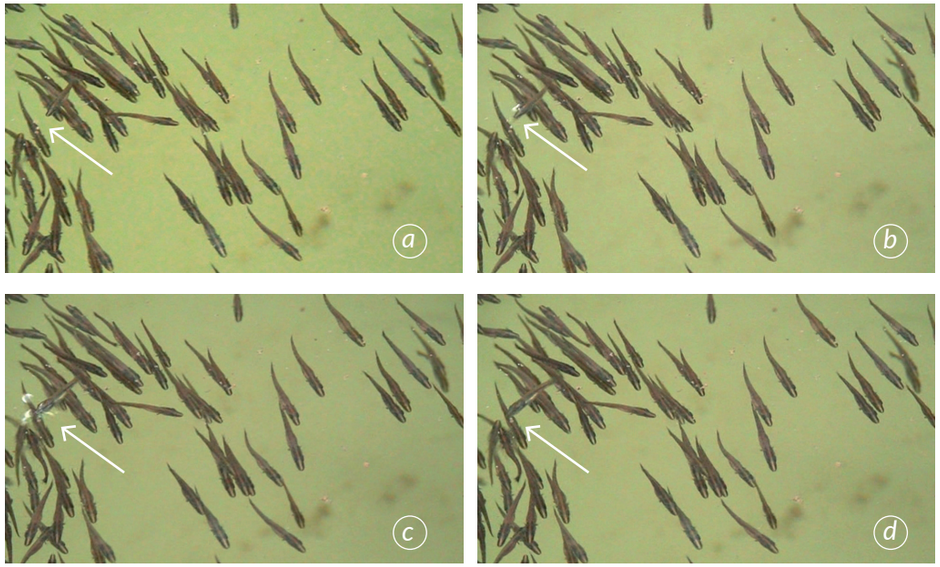
Kolejnym z istotnych parametrów w okresie przyuczania larw do pobierania paszy jest wielkość przepływu wody oraz sposób jej doprowadzenia do basenu. Bezpośrednio po rozpoczęciu swobodnego pływania większość larw powinna się gromadzić w górnej warstwie wody lub bezpośrednio przy jej powierzchni (fot. 9).

Wodę należy doprowadzić w taki sposób, aby napięcie błony powierzchniowej umożliwiało utrzymywanie się na niej podawanej paszy (rozmiar cząstek do 0,4 mm) przez okres co najmniej kilku minut (fot. 10). Młodociany szczupak chętnie pobiera pokarm z powierzchni wody i łatwo się do tego przyucza (fot. 11). Cząstki paszy niezjedzone z powierzchni powinny swo-



Fot. 9. Wylęg po rozpoczęciu pływania gromadzący się w górnej partii wody (fot. M. Szczepkowski)

Fot. 10. Drobiny paszy unoszące się na powierzchni wody (fot. M. Szczepkowski)



Fot. 11a–d. Pobieranie pokarmu przez szczupaka z powierzchni wody; kolejne fazy ataku – miejsce ataku oznaczone strzałką (fot. M. Szczepkowski)

bodnie opadać i być dostępne dla ryb znajdujących się głębiej w toni. Z tego punktu widzenia optymalnym rozwiązaniem jest doprowadzenie dopływu wody punktowo i umieszczenie go tuż pod powierzchnią wody (najczęściej na głębokości 1–3 mm). Istotna jest prędkość przemieszczania się paszy na powierzchni wody. Stwierdzono, że optymalna prędkość przepływu mierzona na powierzchni w odległości 20–30 cm od ścianki basenu powinna mieścić się w zakresie 1–1,5 cm s^{-1}. W każdym basenie dopływ wody należy regulować indywidualnie. Zbyt szybkie opadanie paszy lub jej długotrwałe zaleganie na powierzchni świadczy o niewłaściwym doprowadzeniu wody do basenu.

Czynnikiem warunkującym szybkie rozpoczęcia pobierania pasz jest również odpowiednie natężenie światła. Minimalny poziom oświetlenia mierzony na powierzchni wody powinien wynosić co najmniej 100 lx. Natężenie oświetlenia nie powinno być zbyt wysokie, czego objawem jest sposób rozmieszczenia larw w basenach. Przy zbyt silnym oświetleniu larwy skupiają się nie w warstwie powierzchniowej, a w przydennej, w wyniku czego ich dostęp do paszy jest bardzo ograniczony. Znaczenie właściwego poziomu oświetlenia wzrasta wraz z głębokością basenu podchowowego i kolorem ścian basenów.

3.2. Żywienie larw

Jest to jeden z najważniejszych czynników warunkujących efektywny podchów larw. Larwy szczupaka można uznać za mało wymagające pod względem właściwości fizykochemicznych podawanej paszy takich jak: skład, kolor, struktura (pelletki czy nieregularne drobiny). Dużo

większe znaczenie ma sposób prowadzenia żywienia: dawki pokarmowe, częstotliwość i długość okresu żywienia.

W pierwszym dniu podchowu (bezpośrednio po rozpoczęciu swobodnego pływania) dawka pokarmowa powinna być niższa i wynosić ok. 10% biomasy ryb, a następnego dnia należy ją zwiększyć do 20% (tab. 1). Jest to związane z tym, że nie wszystkie larwy podejmują żerowanie w tym samym czasie. Dawki pokarmowe powinny być dostosowywane codziennie, w miarę podejmowania przez wylęg żerowania i jego tempa wzrostu. Względną dobową dawkę pokarmową należy stopniowo zmniejszać, by w końcowym okresie wstępnego chowu (masa ciała 0,1–0,2 g) wynosiła ona 10–12% biomasy ryb. Przez cały okres podchowu pasza powinna być podawana z niewielkim nadmiarem, czego wskaźnikiem jest obecność drobin widocznych w osadach podczas codziennego czyszczenia basenów podchowowych.

Tabela 1. Zalecane dawki pokarmowe w podchowie larw i narybku szczupaka (w temperaturze wody 14–16°C)

Masa ciała (g)	Dawka pokarmowa (% masy ciała/dobę)
0,01	20,0
0,1	12,0
0,2	10,0
0,5	5,0
1,5	4,0
5,0	3,0
7,0	2,8
10,0	2,2
15,0	1,9

Przy podchowie larw szczupaka bardzo ważną rolę odgrywa sposób podawania paszy. Musi ona być dostępna w sposób ciągły, całodobowo. Konieczne jest zatem stosowanie karmników (patrz Zastosowanie różnych karmników w podchowie szczupaka). Przerwy w żywieniu w pierwszych dniach chowu skutkują gwałtownym wzrostem śnięć ryb głodujących, w dalszych okresach chowu zaś gwałtownym wzrostem kanibalizmu. Warto mieć przy tym na uwadze, że kanibalizm wśród larw szczupaka pojawia się, zwłaszcza w temperaturach powyżej 15°C, już w pierwszych dniach po resorpcji woreczka żółtkowego (Greszkiewicz i Fey, 2020).

Bardzo istotne jest również dostosowanie granulacji pasz do stadium rozwoju/wielkości larw (tab. 2). W momencie rozpoczynania żywienia wielkość granul powinna się zawierać w przedziale 0,2–0,3 mm. W przypadku szczupaka dodawanie pokarmu naturalnego np. w postaci żywych naupliusów solowca (Artemia sp.) jest całkowicie zbędne i ekonomicznie nieopłacalne, a nawet można stwierdzić, że ma negatywny wpływ na efekty podchowu, ponieważ utrudnia larwom nauczenie się pobierania paszy, co szybko skutkuje wzmożonym kanibalizmem.

Tabela 2. Zalecana granulacja pasz komponowanych w czasie podchowu szczupaka w RAS

Masa ciała ryb (g)	Rozmiar granul (mm)
0,010	0,2–0,3
0,040	0,3–0,5
0,1	0,5–1,0
0,5	0,8–1,4
1,0	0,9–1,6
1,5	1,3–2,0
2,5	1,7–2,2
3,0	2,0
5,5	2,2
10	2,5
15	3,0

3.3. Czynności obsługowe, profilaktyka chowu

Bezpośrednio po usunięciu substratu należy oczyścić dno basenów podchowowych. Na tym etapie wiele larw może gromadzić się przy dnie, a w szczególności przy kratce odpływowej. Dlatego oczyszczanie należy przeprowadzać bardzo uważnie, aby niepotrzebnie nie odławiać delikatnych larw. Najlepiej wykonywać to metodą lewarowania pod niewielkim ciśnieniem, stosując węże o średnicy około 10–14 mm i podesty pod naczynia zbiorcze do czyszczenia. Zastosowanie dodatkowego podestu ma na celu z jednej strony zmniejszenie ciśnienia wypływającej wraz z zanieczyszczeniami wody (jednocześnie zasysana jest mniejsza liczba larw), z drugiej strony eliminowanie ryzyka zawleczenia potencjalnie niebezpiecznych drobnoustrojów z posadzki do basenu (fot. 12).

Należy mieć na uwadze, że w podchowie szczupaka pasza początkowo jest zadawana ze znacznym nadmiarem i duża jej część opada na dno, w związku z czym dokładne oczyszczanie dna jest stałą, codzienną i bardzo ważną czynnością. Wylęg w momencie przyuczania do pobierania paszy zajmuje różne przestrzenie wewnątrz basenów. Część larw ustawia się przy powierzchni wody i tam atakuje cząstki pokarmu, duża liczba larw gromadzi się w środkowej partii słupa wody, a najsłabsze osobniki skupiają się w pobliżu dna. Dlatego przy oczyszczaniu basenów bardzo łatwo jest zaciągnąć wraz z osadami żywe ryby. Wylęg zassany wraz z wodą do naczynia zbiorczego po kilku minutach gromadzi się na jej powierzchni. Bezpieczne umieszczenie go z powrotem w basenie można przeprowadzić trzeba sposobami:

1) zlewanie larw do kasarka zanurzonego w misce z wodą (zaleta – nie wprowadza się zawiesiny z powrotem do basenu podchowowego i nie powoduje turbulencji w basenie zakłócającej ustawienie ryb do żerowania),
2) odławianie larw małym naczyniem i wlewanie z powrotem do basenu (bardzo pracochłonne i czasochłonne),

Fot. 12. Oczyszczanie dna basenów z osadów i nieczystości, pojemnik zbiorczy ustawiony na podeście (fot. M. Szczepkowski)

3) odławianie kasarkiem (czasochłonne, gdyż ruch kasarka powoduje podrywanie osadów i dodatkowo skrzela ryb są narażone na dłuższy kontakt z zawiesiną).

Podczas podchowu dużych partii wylęgu wskazane jest przygotowanie dodatkowego basenu, w którym umieszcza się odebrane w czasie czyszczenia (zazwyczaj słabsze) larwy. Jeżeli są one ponownie wprowadzane do basenu, z którego zostały odłowione i tak zajmują przestrzeń w pobliżu dna, gdzie są narażone na wielokrotne odławianie oraz często nie przystępują już do pobierania pokarmu. Po odebraniu do oddzielnego basenu, przy jednoczesnym rozrzedzeniu obsady, część z tych słabszych ryb podejmuje żerowanie.

Ważnym elementem profilaktyki chowu jest systematyczne oczyszczanie odpływów wody zarówno w formie kratek odpływowych w dnie, jak i rur centralnych (kominów). Zapobiega to nadmiernym wahaniom poziomu wody i zakłóceniom dostępności paszy. Po pierwszym tygodniu chowu zazwyczaj konieczne jest również oczyszczanie ścian basenów intensywnie porastających powstającą z resztek paszy błoną. Tworzy ona połacie zwartych kobierców, a odrywające się małe fragmenty mogą przyklejać się do skrzeli larw i przyczyniać się do powstawania infekcji bakteryjnych i grzybiczych.

Usuwanie takich zanieczyszczeń najlepiej przeprowadzać poprzez bardzo powolne lewarowanie pod bardzo niewielkim ciśnieniem. Środkiem zapobiegającym chorobom grzybiczym skrzeli jest stosowanie kąpieli profilaktycznych z zastosowaniem chloraminy T w stężeniu

10 g m^{-3}. Pierwszy zabieg należy przeprowadzić piątego dnia podchowu i następnie powtarzać co pięć dni do 25.–30. dnia podchowu, w zależności od tempa wzrostu ryb.

Kolejną stałą czynnością pielęgnacyjno-obsługową jest codzienne usuwanie osadów gromadzących się pod kratką odpływową basenu. Zapobiega to tworzeniu się stref beztlenowych i miejsc rozwoju bakterii chorobotwórczych. Rutynowe zabiegi związane z żywieniem i utrzymaniem czystości w basenach podchowowych podczas podchowu około 500 tys. sztuk narybku szczupaka powinny zajmować jednej osobie około 2 godzin dziennie (M. Szczepkowski, dane niepublik.).

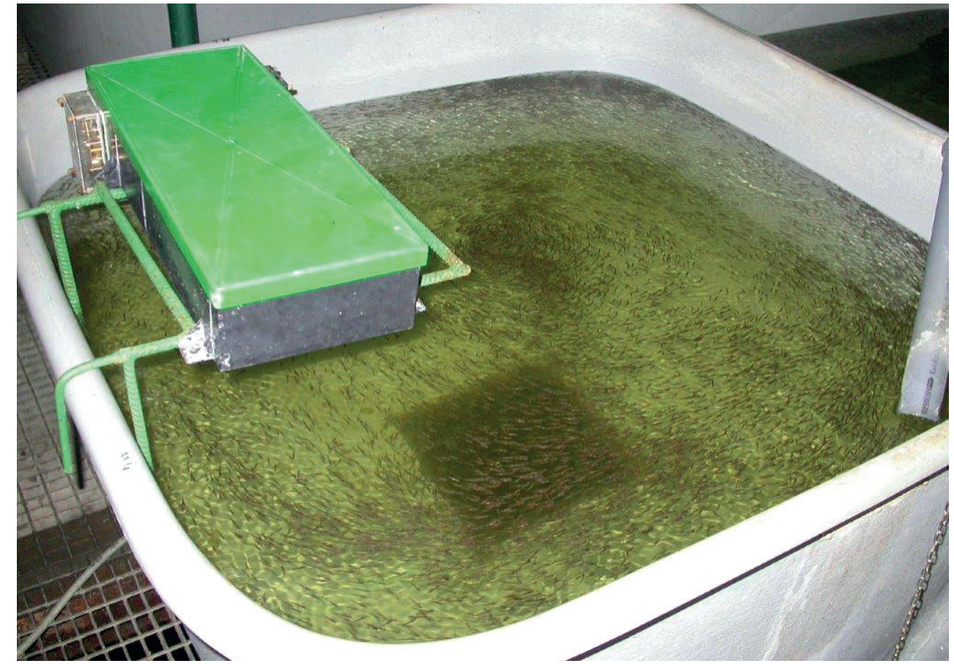
3.4. Podchów narybku

3.4.1. Zastosowanie różnych karmników w podchowie szczupaka

W podchowie szczupaka można stosować różne typy karmników, zarówno taśmowe, jak i inne dostosowane do podawania małych porcji paszy w systemie całodobowym (Szczepkowska i Szczepkowski, 2018), przy czym ich liczbę należy dostosować do wielkości basenu. W przypadku basenu o powierzchni dna około 1 m^2 do zadawania paszy wystarczy jeden karmnik, w przy większych zbiornikach, np. o rozmiarach 2 m × 2 m, wymagane są już dwa karmniki. Pasza początkowo powinna spadać na powierzchnię wody z niewielkiej wysokości, możliwie często w małych porcjach. W dalszych etapach podchowu (narybku), gdy ryby chwytają już paszę bardzo dokładnie, karmniki powinny być umocowane nieco wyżej ponad powierzchnię wody. Związane jest to z tym, że ryby podczas żerowania mogą intensywnie rozpryskiwać wodę, co powoduje zamoczenie karmników i przyklejanie paszy oraz konieczność częstego ich oczyszczania. Zanieczyszczone karmniki stwarzają również ryzyko chorobotwórcze.

W czasie badań porównaliśmy efekty zastosowania powszechnie od wielu lat wykorzystywanych karmników taśmowych oraz nowych konstrukcji karmników automatycznych (Szczepkowska i Szczepkowski, 2018) – fotografie 13, 14 w okresie trzech sezonów podchowowych. Każdorazowo podchowywano partie ryb liczące początkowo co najmniej 200 tys. sztuk wylęgu szczupaka. W obydwu typach karmników paszę zasypywano o tej samej porze.

Dla obydwu rodzajów karmników finalnie uzyskano ryby o masie ciała około 9 g (tab. 3). Przeżywalność końcowa w całym okresie podchowu była zbliżona i wyniosła około 30%. W przypadku karmnika sterowanego elektronicznie uzyskano znacznie lepsze wykorzystanie podawanej paszy, wartość współczynnika pokarmowego wyniosła 0,67. Przy zastosowaniu karmników taśmowych średnia wartość współczynnika pokarmowego wyniosła 0,80. Efektywność wykorzystania paszy ma istotny wymiar ekonomiczny, gdyż zastosowanie karmników sterowanych pozwala na zmniejszenie zużycia pasz o 13 kg na każde 100 kg przyrostu narybku. W przypadku podchowu w systemach recyrkulacyjnych dodatkową korzyścią jest zmniejszenie negatywnego wpływu na środowisko, bowiem zmniejszenie efektywności wykorzystania paszy wpływa na wzrost zawartości substancji biogennych w wodzie i pogorszenie warunków sanitarnych.



Fot. 13. Karmnik taśmowy (fot. M. Szczepkowski)

Fot. 14. Automatycznie sterowane karmniki do pylistych frakcji paszy (fot. M. Szczepkowski)

Tabela 3. Porównanie wyników podchowu szczupaka z zastosowaniem dwóch typów karmników

Wskaźniki biotechniczne podchowu	Automatyczny sterowany (KDRH)	Taśmowy (FIAP)
Końcowa masa ciała (g)	9,5 ± 0,3	8,9 ± 1,1
Przeżywalność końcowa (%)	30,8 ± 4,6	28,2 ± 5,6
Współczynnik pokarmowy ()	0,67 ± 0,04	0,80 ± 0,06

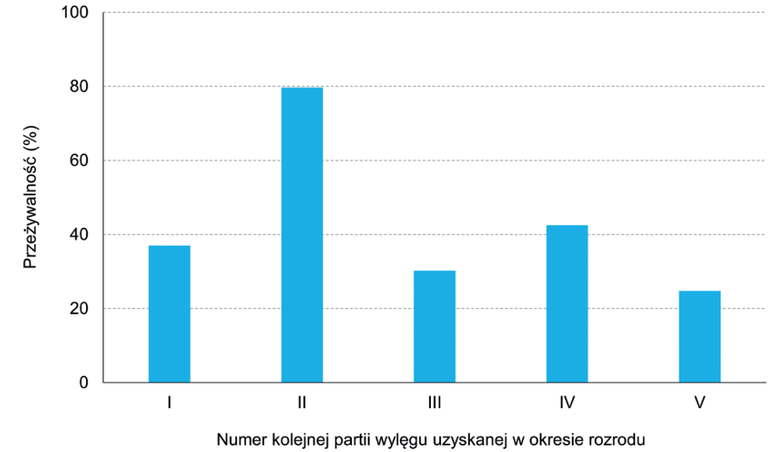
Stwierdzono również istotny wpływ zastosowanych karmników na pracochłonność podchowu. W przypadku karmników taśmowych była ona znacznie większa i związana z koniecznością częstego oczyszczania taśm z resztek przyklejającej się paszy po obu stronach taśmy. Ponadto przy stosowaniu karmników taśmowych konieczne było sortowanie narybku. Przeprowadzono je trzykrotnie w czasie podchowu: przy wielkości narybku około 0,15–0,25 g, następnie po osiągnięciu masy ciała około 1 g i kolejnego przy masie ciała 4–5 g. Jak wykazano wcześniej (Szczepkowski, 2009) sortowanie było niezbędnym i jednym z najważniejszych czynników warunkujących możliwość efektywnego przeprowadzenia podchowu narybku szczupaka. Zastosowanie w czasie obecnych prac precyzyjnie dawkujących pokarm karmników sterowanych pozwoliło jednak na prowadzenie podchowu bez sortowania, a jedynie z rozrzedzaniem obsad, co wpłynęło zarówno na zmniejszenie pracochłonności, jak i poprawę ogólnego dobrostanu ryb w wyniku braku dodatkowych manipulacji.

3.4.2. Wyniki podchowu larw pochodzących z różnych partii wylęgu

Jednym z aspektów szerokiego występowania szczupaka w naszych wodach jest bardzo rozciągnięty w czasie okres rozrodu. Wpływ na to ma m.in. charakterystyka morfometryczna danego zbiornika, warunki meteorologiczne (przede wszystkim temperatura wody i nasłonecznienie), a także wielkość tarlaków. Z hodowlanego punktu widzenia jest to bardzo korzystne, bowiem daje możliwość powtórzenia cyklu podchowu w przypadku niepowodzenia. Jednocześnie brak jest informacji na temat przydatności do podchowu larw uzyskiwanych w różnych terminach. W przeprowadzonym eksperymentalnym podchowie dokonano oceny wyników końcowej przeżywalności narybku pochodzącego z partii wylęgu pozyskanych w różnych okresach tego samego sezonu rozrodczego.

Larwy z pięciu kolejnych partii ikry pozyskanych w ciągu 25 dni sezonu rozrodczego podchowywano w jednakowy sposób, cały czas w oddzielnych basenach (bez mieszania obsad z różnych partii ryb) do osiągnięcia zakładanej końcowej masy ciała 8 g. W trakcie chowu zastosowano opisane powyżej procedury hodowlane z wykorzystaniem karmników automatycznie sterowanych.

Przeżywalność końcowa narybku była bardzo zróżnicowana i mieściła się w zakresie od 24,8% z ostatniej partii wylęgu do 79,8% z II partii. Nie stwierdzono korelacji pomiędzy liczebnością początkową danej partii, a końcową przeżywalnością narybku. W świetle przedstawionych różnic końcowych wyników wydaje się, że dywersyfikowanie procesu podchowu na różne partie larw zwiększa szansę sukcesu hodowlanego.



Rys. 2. Przeżywalność narybku uzyskanego z partii ikry z różnych okresów sezonu rozrodczego

3.4.3. Konsumpcja tlenu narybku

Konsumpcja tlenu i wydalanie amoniaku są jednymi z kluczowych parametrów z punktu widzenia intensywnego podchowu w systemach recyrkulacyjnych. U szczupaka informacje na ten temat są szczątkowe, dlatego jeden z eksperymentów dotyczył tych aspektów. Przeprowadzono całodobowy cykl pomiarów konsumpcji tlenu (co 2 godziny) u narybku szczupaka o masie ciała 26,5 g wg metodyki opisanej w pracy Zakęś i in. (2007). Badania przeprowadzono w trzech grupach ryb żywionych dawkami paszy 1; 2 i 3% biomasy ryb na dobę. Temperatura wody podczas badań wynosiła 22,0°C.

Wartości konsumpcji tlenu były zbliżone w grupach i wynosiły średnio około 400 mg kg^{-1} h^{-1}. Bardzo zbliżone były również wartości maksymalne i minimalne (tab. 4). Brak wpływu dawek pokarmowych na wartość wskaźników konsumpcji tlenu mógł być wynikiem zbyt wysokich dawek pokarmowych w grupach (2% i 3%). Przy tej wielkości narybku bardzo silnie ujawnia się wrażliwość ryb na bodźce zewnętrzne, której skutkiem może być duża skłonność do wyskakiwania ryb z basenów. Efektem ubocznym natomiast jest słabsze pobieranie podawanego pokarmu. Mogą o tym świadczyć uzyskane w czasie podchowu tego narybku wartości współczynników pokarmowych. Końcowe wartości tego wskaźnika miały niską wartość (1,00 ± 0,08) i zbliżoną do wartości uzyskiwanych u mniejszego narybku jedynie w grupie żywionej dawką pokarmową 1%. W pozostałych grupach współczynniki pokarmowe były znacznie wyższe i wyniosły 1,43 ± 0,18 i 2,13 ± 0,40 odpowiednio przy żywieniu dawką 2% i 3%.

Tabela 4. Konsumpcja tlenu narybku szczupaka żywionego różnymi dawkami paszy w temperaturze wody 22°C

Wskaźnik	J.m.	Grupy narybku żywionego różnymi dobowymi dawkami pokarmowymi		
		1%	2%	3%
Średnia dobowa konsumpcja tlenu	(mg kg^{-1} h^{-1})	398,4 ± 8,8	396,4 ± 16,9	392,3 ± 6,5
Maksymalna konsumpcja tlenu	(mg kg^{-1} h^{-1})	421,2 ± 15,0	421,6 ± 18,7	429,8 ± 22,1
Minimalna konsumpcja tlenu	(mg kg^{-1} h^{-1})	370,3 ± 11,7	362,8 ± 14,0	366,2 ± 13,8

W przypadku podchowu szczupaka korzystną cechą są stosunkowo nieduże wahania konsumpcji tlenu w ciągu doby. Różnica pomiędzy wartościami maksymalnymi a minimalnymi wynosiła w poszczególnych grupach od 14 do 17%. W przypadku innych gatunków stwierdzono, że różnice te mogą przekraczać nawet 100% w zależności od sposobu żywienia i cech behawioralnych (Szczepkowski i in., 2000).

Znajomość konsumpcji tlenu pozwala planować i regulować wielkość przepływu wody i/lub dostarczanego tlenu w danych warunkach podchowu lub transportu. Drugim istotnym czynnikiem związanym z zawartością tlenu jest minimalny próg tolerancji. Pod tym względem narybek szczupaka jest relatywnie odporny na niskie koncentracje tlenu w wodzie. W temperaturze wody 20°C pierwsze wyraźne objawy zaniepokojenia ryby wykazują przy spadku zawartości tlenu do 45% nasycenia, a ryby normalnie karmione są w stanie przeżyć nawet spadek do 18% nasycenia utrzymujący się ponad godzinę (straty poniżej 1% obsady, obserwacje własne).

4. TRANSPORT NARYBKU

W przypadku ryb przeznaczonych do zarybień, sposób transportu odgrywa równie ważną rolę jak proces wychowu. Często efekty długotrwałego podchowu mogą nie przynosić pożądanych rezultatów w wyniku błędów popełnionych w czasie przewozu ryb lub przygotowań do niego. Szczególnie dotyczy to ryb drapieżnych, takich jak szczupak z silną skłonnością do kanibalizmu. Jak dotąd nie opracowano żadnych wytycznych dotyczących przewozu szczupaka pochodzącego z intensywnego podchowu w systemach recyrkulacyjnych, a istniejące dane dotyczą wylęgu lub ryb wyhodowanych w warunkach stawowych (Galli, 1986; Węgliński, 1986). Narybek pochodzący ze stawów odżywia się wyłącznie pokarmem naturalnym, a dynamika procesów metabolizmu jest zupełnie inna niż w przypadku ryb intensywnie i stale żywionych paszą, jak to ma miejsce w czasie chowu basenowego w RAS. Dlatego dla ryb pochodzących z systemów recyrkulacyjnych konieczne jest opracowanie odrębnych wytycznych dotyczących transportu.

Przewóz narybku szczupaka do miejsc zarybień może być realizowany dwoma sposobami, podobnie jak u innych gatunków, to jest przy użyciu worków z tworzyw sztucznych lub basenów transportowych wyposażonych w instalację natleniającą (fot. 15). Przy transporcie

Fot. 15. Transport narybku szczupaka w workach z tworzyw sztucznych (z lewej) lub basenie transportowym (z prawej)

w workach z tworzywa sztucznego wypełnia się je wodą i tlenem w stosunku 1:1. Stosowane grubości rękawa folii polietylenowej, z której wytwarza się worki mieszczą się zazwyczaj w przedziale 0,45–0,55 mm, a jego szerokość 45–60 cm. Ze względu na ograniczoną ilość miejsca w pojeździe do transportu, metodę stosuje się przy przewozie małych partii ryb.

Wadą metody jest pracochłonność związana z załadunkiem, ponieważ każdy worek musi być oddzielnie zapakowany. Czynności te obejmują: przygotowanie odpowiedniej wielkości worka, napełnienie go wodą, odważenie lub odliczenie porcji ryb i umieszczenie ich w worku, napełnienie worka tlenem i szczelne zawiązanie (fot. 16a–c).

Kolejną wadą jest również ryzyko uszkodzenia worka w transporcie, co najczęściej jest równoważne ze stratą przewożonych ryb. Szczególnie dotyczy to transportu materiału zarybieniowego na większe odległości. Zaletą przewozu narybku w workach z tlenem jest natomiast brak konieczności przeładunku ryb w miejscu zarybienia, co skraca czas tego zabiegu. W tabeli 5 przedstawiono zastosowane parametry i warunki transportu narybku szczupaka pochodzącego z systemów recyrkulacyjnych.

Tabela 5. Warunki eksperymentalnego transportu narybku szczupaka pochodzącego z systemów recyrkulacyjnych w workach z tworzywa sztucznego napełnianych wodą i tlenem (20 litrów + 20 litrów)

Lp.	Średnia masa ciała ryb (g)	Temperatura wody (°C)	Czas transportu (h)	Okres odpijania (h)	Masa ryb w worku (kg)
1	2,6	22,5	1	0	2,76
2	8,1	20,2	1	0	1,79
3	0,34	16,6	3	12	0,78
4	0,5	19,5	3,5	12	1,6
5	8,1	16,0	4,5	24	2,5
6	12,4	20,5	4,5	24	2,0

Fot. 16. Etapy załadunku narybku szczupaka do worków z tlenem: (a) przygotowanie worków, (b) ważenie porcji ryb, (c) napełnianie tlenem i wiązanie

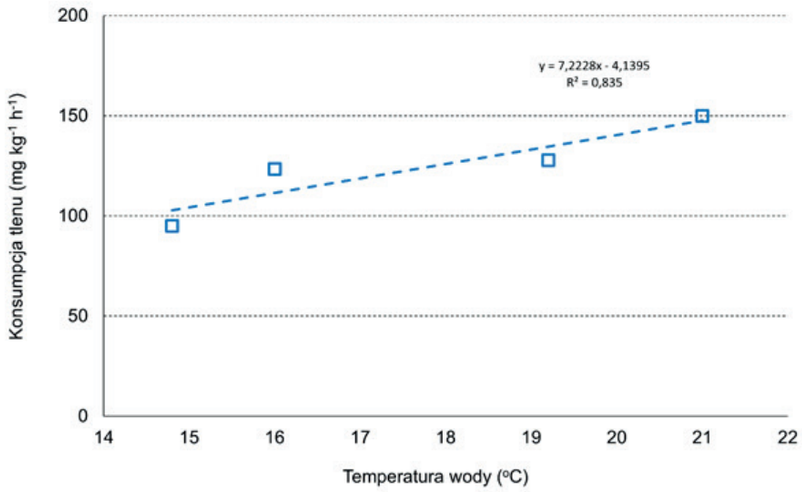
W transportach nr 1–4 oraz 6 nie stwierdzono żadnych problemów, stan ryb po transporcie nie budził zastrzeżeń. Po transporcie nr 5 woda w workach była silnie zmętniała, stwierdzono również śmiertelność ryb, która wyniosła około 5%. Należy nadmienić, że we wszystkich przypadkach zostały zachowane wskazania wcześniej obowiązujących norm branżowych (Galli, 1986), a mianowicie utrzymania ilości 5 litrów wody i 5 litrów tlenu na 1 kg przewożonego narybku. Wskazuje to, że przy transporcie narybku z systemów recyrkulacyjnych w workach z tlenem zalecenia dotyczące warunków transportu powinny być bardziej restrykcyjne. Jest to tym bardziej istotne, że obecnie przewóz często ma miejsce przy wyższych temperaturach wody (powyżej 15°C) niż dopuszczały to wcześniejsze badania.

Podsumowując należy wskazać, że ryby nie poddawane odpijaniu (mogą być przewożone w czasie nieprzekraczającym jednej godziny, przy biomasie nieprzekraczającej 2,7 kg/worek (20 litrów wody + 20 litrów tlenu). Przy czasie przewozu powyżej 3 godzin minimalny okres odpijania to 12 godzin, a maksymalna obsada jednego worka – 1,5 kg narybku. Przy czasie transportu powyżej 4 godzin okres odpijania należy wydłużyć do minimum 24 godzin. Jednocześnie dopuszczalna obsada worka transportowego nie powinna przekraczać 2,0 kg. Biorąc pod uwagę czas załadunku i miejsce wymagane do umieszczenia worków, w ten sposób można przewieźć niewielkie partie narybku, maksymalnie 30–40 kg. Załadunek takiej partii ryb trwa około 45 minut (3 osoby).

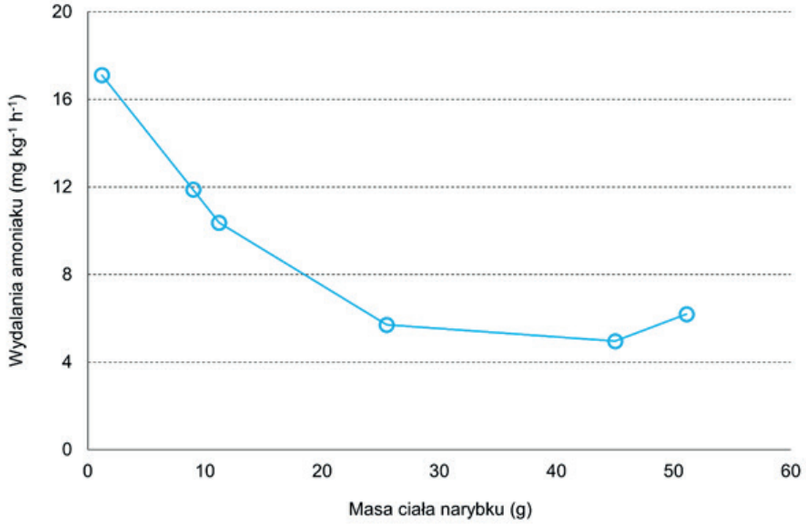
Transport większych ilości wymaga użycia basenów wyposażonych w instalację natleniającą. W tej metodzie partie ryb do transportu mogą być już wcześniej przygotowane (odważone), dzięki czemu sam załadunek ryb jest znacznie krótszy. Umieszczenie w basenie transportowym porcji 100 kg ryb zajmuje około 15–20 minut. Podczas transportu basenowego większą uwagę należy zwracać na kontrolę warunków tlenowych w wodzie basenu. Tlen jest dostarczany z butli z ciekłym tlenem i rozprowadzany w wodzie poprzez różnego rodzaju dyfuzory umieszczone na dnie. Wielkość przepływu tlenu do basenu reguluje się zazwyczaj za pomocą rotametru. Zużycie tlenu w transporcie zależy od wielu czynników, m.in.: biomasy ryb, ich wielkości, czasu odpijania, temperatury wody czy jakości dyfuzorów. Na rysunku 3 przedstawiono rzeczywiste zużycie tlenu podczas transportów narybku szczupaka prowadzonych w różnych temperaturach wody, obliczone na podstawie wielkości przepływu tlenu przez rotametr.

Oczywiście należy uwzględnić fakt, że w przypadku transportu zużycie tlenu nie jest równoznaczne z jego konsumpcją przez ryby, ponieważ dla bezpieczeństwa woda jest zazwyczaj nasycona powyżej 100% rozpuszczalności w danej temperaturze, w wyniku czego część podawanego tlenu ulatnia się w postaci widocznych na powierzchni pęcherzyków. Podczas omawianych transportów nasycenie wody tlenem w basenie transportowym utrzymywano na poziomie 110–140%. Należy również zauważyć, że baseny transportowe dają rybom dużo większy komfort tlenowy niż podczas transportu w workach, w których nasycenie tlenem zmienia się bardzo silnie (tym bardziej im dłuższy jest jego czas, a początkowo może sięgać nawet 300%). Ponadto w basenach transportowych z wody częściowo jest usuwany wytwarzający się podczas oddychania dwutlenek węgla, podczas gdy w workach następuje jego stała kumulacja.

Innym produktem przemiany materii mającym negatywny wpływ na kondycję narybku podczas transportu jest amoniak. Nieliczne dotychczasowe badania dotyczyły starszych stadiów narybkowych tego gatunku (Zakęś i in., 2007) w warunkach podchowowych. W trakcie transportów prowadzonych w basenach (zagęszczenie obsady w transporcie w zakresie 92,2–123,8 kg m^{-3}) z podchowalni w Pieczarkach do miejsc zarybień w Zatoce Puckiej stwierdzili-



Rys. 3. Zużycie tlenu w czasie transportu narybku szczupaka w różnych temperaturach wody



Rys. 4. Wydalanie amoniaku u narybku szczupaka o różnej masie ciała podczas transportu w basenach z natlenianiem

śmy, że wartości koncentracji całkowitego azotu amonowego stopniowo wzrastały z początkowego poziomu 0,40–0,45 mg dm^{-3}, osiągając na koniec nawet 6,60–7,80 mg dm^{-3}. Są to wartości znacznie wyższe niż tolerowane przez ten gatunek w podchowie, jednak w tym przypadku przy relatywnie krótkim czasie ekspozycji nie wywoływały widocznych, negatywnych skutków.

Wielkość wydalania amoniaku u narybku podczas transportu była związana przede wszystkim z masą ciała przewożonych ryb (rys. 4).

Równie ważny był okres niekarmienia ryb przed transportem (odpijanie). W przypadku tego czynnika stwierdzono, że wydłużenie okresu głodzenia z 1 do 3 dni zmniejszało średnie wydalanie amoniaku o około 50%, tj. z 11,9 mg kg^{-1} m^{-3} do 5,6 mg kg^{-1} m^{-3}. Biorąc pod uwagę, że w przypadku narybku o masie ciała 3–10 g nie obserwuje się już zwiększonego kanibalizmu przy braku karmienia, dla bezpieczeństwa transportu wskazane jest, aby okres głodzenia przed transportem większych partii w basenach był wydłużony do 3 dni.

Na podstawie zebranych danych można stwierdzić, że transport narybku szczupaka w basenach z natlenianiem może być prowadzony w szerokim zakresie temperatur, nawet powyżej 20°C. Zagęszczenie obsady w transporcie może sięgać 100 kg m^{-3}, a zalecany okres odpijania narybku o masie ciała powyżej 3 g powinien wynosić 3 doby.

5. PODSUMOWANIE

W dotychczasowych podchowach szczupaka charakterystyczne było bardzo wyraźne rozgraniczenie między podchowem larw a narybku i wynikało ono z konieczności rozpoczęcia sortowania ryb (Wolnicki i Kamiński, 1998). Również podchów narybku podzielony był na kolejno prowadzone etapy, w miarę kolejnych sortowań. Wykazano, że tylko w jednym z etapów podchowu (narybku o masie ciała około 1 g) sortowanie zmniejszało straty nawet o 6–7% (Szczepkowski, 2009).

Pierwsze sortowanie ryb miało miejsce w momencie pojawienia się nasilonego kanibalizmu, zazwyczaj po około dwóch tygodniach od rozpoczęcia żywienia. Kolejne były prowadzone w miarę wzrostu i różnicowania się wielkości ryb. Można przyjąć, że do osiągnięcia wielkości 8–10 g konieczne były minimum trzy sortowania. Najczęściej przy pierwszym sortowaniu stosowano szczeliny w rozmiarze 2–2,5 mm, przy drugim 3,5 mm, a przy trzecim 5 mm.

Jak wykazano w czasie przeprowadzonych badań z wykorzystaniem sterowanych karmników automatycznych precyzyjnie dozujących pokarm, proces podchowu przebiega znacznie bardziej płynnie i sortowanie nie jest już koniecznym warunkiem udanego podchowu. Oznacza to znaczne zmniejszenie pracochłonności chowu, liczby manipulacji z rybami i tym samym zachowanie lepszego dobrostanu narybku.

Efektywność podchowu szczupaka mierzona wykorzystaniem paszy jest bardzo dobra zważywszy, że przez znaczną część podchowu pasza jest podawana z nadmiarem. Wartości współczynników pokarmowych pasz (FCR) powinny mieścić się w zakresie 0,7–0,8.

Uzyskane w ramach projektu PIKE rezultaty istotnie uzupełniły lub poszerzyły dotychczasowy stan wiedzy o podchowie szczupaka w następującym zakresie:

- przygotowanie larw do podchowu w systemie RAS,
- doprecyzowanie warunków wstępnego podchowu,
- opracowanie procedury żywienia wraz z zastosowaniem karmników automatycznych pozwalających na uniknięcie konieczności sortowania od wylęgu do zarybienia,
- opracowanie podstaw procedur transportu narybku pochodzącego z systemu RAS.

6. BIBLIOGRAFIA

Balon, E.K., 1984. Patterns in the evolution of reproductive styles in fishes. W: Pottas, G.W. Wootton, R.J, (Eds.), Fish Reproduction: Strategies and Tactics, Academic Press, London, 35-53.

Blaxter, J.H.S., Hempel, G., 1963. The influence of eggs size onherring larvae (*Clupea harengus* L.). J. Cons. Perm. Int. ExplorMer. 28: 211–240.

Bry, C., 1996. Role of vegetation in the life cycle of pike. In: Craig, J.F., (eds) Pike. Fish and Fisheries Series, vol 19. Springer, Dordrecht. https://doi.org/10.1007/978-94-015-8775-4_3.

Galli, A., 1986. Norma branżowa. Ryby hodowlane. Przewóz materiału zarybieniowego sandacza i szczupaka. BN-86/9147-05.

Górny, W., 1992. The influence of water temperature on mortality, growth and cannibalism in juvenile pike (*Esox lucius* L.). Arch. Ryb. Pol., 1: 27-31.

Greszkiewicz, M., Fey, D.P., 2020. Positive temperature effects on the initiation and intensity of cannibalistic behavior of larval pike, *Esox lucius* L. Is cannibalism reflected in otolith fluctuating asymmetry? Hydrobiologia, 847: 3139–3152.

Hokanson, K.E.F., McCormick, J.H., Jones, B.R., 1973. Temperature requirements for embryos and larvae of the northern pike, *Esox lucius* (Linnaeus). Trans. Am. Fish. Soc., 102: 89-100.

Mickiewicz, M., 2022. Zarybienia jezior w 2021 roku i ich porównanie z rokiem 2020. W: Działalność podmiotów rybackich i wędkarskich w 2021 roku. Uwarunkowania gospodarcze, ekonomiczne, środowiskowe i klimatyczne (Red. A. Cejko i A. Wołos). Wyd. IRS Olsztyn: 63-72.

Philippart, J.C., Vranken, M., 1983. Aatlas des poissons de Wallonie, distribution, écologie, éthologie, pêche, conservation. Cah. Ethol. Appl., 3: 395 pp.

Raat, A., 1988. Synopsis of biological data on the northern pike *Esox lucius* Linnaeus 1758. FAO Fish. Synopsis No. 30 Rev. 2.

Szczepkowska, B., Szczepkowski, M., 2018. Wykorzystanie nowego typu karmnika w podchowalni ryb. W: Wylęgarnictwo i podchowy ryb oraz raków (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś. Wyd. IRS Olsztyn: 281-289.

Szczepkowski, M., 2009. Impact of selected abiotic and biotic factors on the results of rearing juvenile stages of northern pike (*Esox lucius* L.) in recirculating systems. Archives of Polish Fisheries, 17(3): 107-147.

Szczepkowski, M., Kolman, R., Szczepkowska, B., 2000. Changes in oxygen consumption and ammonia output in young Siberian sturgeon (*Acipenser baeri* Brandt). Czech Journal of Animal Science 45(9): 389-396.

Szczepkowski, M., Szczepkowska, B., Saczek, W., 2006. Wybrane wskaźniki sztucznego rozrodu szczupaka (*Esox lucius*) prowadzonego w wylęgarni Doświadczalnego Ośrodka Zarybieniowego „Dgał" w Pieczarkach. W: Rozród, podchów, profilaktyka ryb karpiowatych i innych gatunków, (Red.) Z. Zakęś i in. Wyd. IRS, Olsztyn: 293-299.

Szczepkowski, M., Szczepkowska, B., 2016. Podchów narybku letniego szczupaka w basenach jako metoda alternatywna wobec produkcji wylęgu żerującego. W: Rybactwo i wędkarstwo w 2015 roku (Red.) M. Mickiewicz i A. Wołos. Wyd. IRS Olsztyn: 141-149.

Szczerbowski, i in., 1993. Rybactwo śródlądowe. Wyd. IRS Olsztyn, 569.

Węgliński, L., 1986. Norma branżowa. Ryby hodowlane. Materiał zarybieniowy szczupaka. BN-86/9147-12.

Wolnicki, J., Górny, W., 1997. Effects of commercial dry diets and water temperature on growth and survival of northern pike, *Esox lucius* L., larvae. Pol. Arch. Hydrobiol. 44(3): 377-383.

Wolnicki, J., Kamiński, R., 1998. Masowy podchów wylęgu szczupaka z zastosowaniem starterów. W: Rybactwo jeziorowe, rozwój, zmiany, trudności (Red.) A. Wołos. Wyd. IRS, Olsztyn: 83-90.

Zakęś, Z., Stawecki, K., Pyka, J., 2015. Wspomaganie dojrzewania biofiltrów w systemach recyrkulacyjnych. W: Podchowy organizmów wodnych – osiągnięcia, wyzwania, perspektywy (Red.) Z. Zakęś, K. Demska-Zakęś, A. Kowalska. Wyd. IRS, Olsztyn: 11-22.

Zakęś, Z., Szczepkowski, M., Demska-Zakęś, K., Jesiołowski, M., 2007. Oxygen consumption and ammonia exretion by juvenile pike, *Esox lucius* L. Archives of Polish Fisheries 15(2): 79-92.

Zhu, S., Chen, S., 2002. The impact of temperature on nitrification rate in fixed film biofilters. Aquacultural Engineering, 26(4): 221-237.